



③ BUNDESREPUBLIK
DEUTSCHLAND



DEUTSCHES
PATENT- UND
MARKENAMT

Offenlegungsschrift

DE 198 57 619 A 1

198 57 619 A 1

⑤ Int. Cl.⁷:
C 12 Q 1/25

⑦ Aktenzeichen: 198 57 619.6
⑧ Anmeldetag: 14. 12. 1998
⑨ Offenlegungstag: 15. 6. 2000

DE 198 57 619 A 1

⑦1 Anmelder:

Bacher, Adelbert, Prof. Dr.med. Dr.rer.nat., 85748 Garching, DE; Zenk, Meinhard H., Prof.Dr., 81243 München, DE

⑦2 Vertreter:

Wächtershäuser, G., Dipl.-Chem. Dr.rer.nat., Pat.-Anw., 80331 München

⑦3 Erfinder:

Zenk, Meinhard H., Prof. Dr., 81243 München, DE; Bacher, Adelbert, Prof. Dr.med. Dr.rer.nat., 85748 Garching, DE; Fellermeier, Monika A., 83556 Griesstätt, DE; Kis, Klaus, Dr., 81371 München, DE

Die folgenden Angaben sind den vom Anmelder eingereichten Unterlagen entnommen

⑤4 Verfahren zur Ermittlung von Inhibitoren der Terpenoid-Biosynthese

⑤7 Eine Methode zur Ermittlung von Inhibition wenigstens eines Enzyms in der Biosynthese von Terpenoiden über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat in Pflanzen, die folgende Schritte umfaßt:

- (a) Herstellung einer Suspension aus Zellen oder Plastiden eines plastidhaltigen Organismus in einem Kulturmedium, welches zur Unterstützung des Metabolismus in besagten Zellen oder Plastiden mindestens bis zum Ausmaß des besagten Biosyntheseweges dient,
- (b1) Zugabe einer definierten Menge einer ¹³C-, ¹⁴C-, ²H- oder ³H-markierten, biochemischen Vorstufe zur Erzeugung von Terpenen über besagtem Biosyntheseweg,
- (c1) Inkubation der in Schritt (b1) erhaltenen Mischung für eine bestimmte Zeitdauer bei einer definierten Temperatur,
- (d1) Abtrennung einer Fraktion aus der in Schritt (c1) erhaltenen Mischung, welche ein Produkt oder Zwischenprodukt des besagten Biosyntheseweges unterhalb von 1 Deoxy-D-xylulose-5-phosphat enthält,
- (e1) Nachweis und Bestimmung der Konzentration eines oder mehrerer markierter Produkte in der besagten Fraktion, welche in Schritt (d1) erhalten wurde,
- (b2) Wiederholung des Schrittes (b1) nach der Zugabe einer definierten Menge einer chemischen Testsubstanz unter ansonsten identischen Bedingungen,
- (c2) bis (e2) Wiederholung der Schritte (c1) bis (e1) mit der in Schritt (b2) erhaltenen Mischung unter denselben Bedingungen wie in den Schritten (c1) bis (e1) und
- f) Nachweis der Hemmung wenigstens eines Enzyms im besagten Biosyntheseweg über die ...

DE 198 57 619 A 1

Die vorliegende Erfindung bezieht sich allgemein auf das Gebiet der Herbizide und speziell auf eine Methode zur Wachstumsbehinderung von Pflanzen und auf eine Methode zur Identifizierung von Inhibitoren aus einer chemischen Substanzbibliothek.

In der Vergangenheit wurde Herbizidforschung durchgeführt, indem man chemische Substanzen zuerst direkt auf ihre Hemmeigenschaften für das Pflanzenwachstum untersuchte, und erst viel später wurde der Wirkmechanismus eines in dieser Weise gefundenen Herbizids aufgeklärt. Mit einem derartigen Blindprozeß sind die Ergebnisse in hohem Maße vom Zufall abhängig und in starkem Maße unkontrolliert.

Wir waren nun erfolgreich, diesen Prozeß der Entwicklung neuer Herbizide mit bekanntem Wirkmechanismus durch ein rationelles Bestimmungsverfahren für Herbizid-Aktivität umzukehren. Unser Verfahren beruht insbesondere auf der folgenden Vorgehensweise:

Zuerst bestimmen wir allgemeine Eigenschaften, die ein ideales Herbizid besitzen sollte. Diese sind im Einzelnen:

- (1) Ein Herbizid sollte hochwirksam gegen alle Arten von Unkraut sein.
- (2) Es sollte für Menschen und Tiere, die dem Herbizid ausgesetzt sind, nicht toxisch sein.
- (3) Es sollte einen Wirkmechanismus besitzen, der sich zur Produktion von genetisch veränderten Ertragspflanzen mit einer Resistenz gegen das Herbizid anbietet.

Wir konnten diese Probleme lösen. Als einen ersten Aspekt unserer Lösung dieses Problems bestimmten wir einen Biosyntheseweg, der ein ideales Ziel für ein Herbizid darstellt: der Terpenoid-Biosyntheseweg über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat. Dieser Biosyntheseweg wurde in keiner Tierart gefunden. Er ist von entscheidender Bedeutung für erwartet wird, daß sie durch gleichermaßen idiosynkratische Enzyme katalysiert werden und daher Kreuzinhibitionen mit anderen Enzymen, insbesondere mit Säugetierenzymen, nicht zu befürchten sind.

Um diesen Aspekt unserer Lösung des obengenannten Problems besser würdigen zu können, werden wir nun den biochemischen Hintergrund dieses Biosyntheseweges näher erläutern.

Durch klassische Untersuchungen von Bloch, Cornforth, Lynen und ihren Mitarbeitern haben sich Isopentenylpyrophosphat (IPP) und Dimethylallylpyrophosphat (DMAP) als die Schlüsselverbindungen im Biosyntheseweg der Terpene durchgesetzt. Vor kurzem wurde gezeigt, daß in bestimmten Bakterien (Rohmer et al. 1993; Rohmer et al. 1996; Duvold et al. 1997; Sprenger et al. 1997) und Pflanzen (Arigoni et al. 1997) ein alternativer Biosyntheseweg wirksam ist.

Dieser neuartige Biosyntheseweg ist in Abb. 1 dargestellt. Er beginnt mit der Kondensation von Pyruvat mit Glycerinaldehyd-3-phosphat unter Bildung von 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat (DXP), welches scheinbar nachfolgend in einer Zweistufenreaktion, die eine intramolekulare Umlagerung und eine Reduktion beinhaltet, in 2C-Methyl-D-erythritol-4-phosphat umgewandelt wird. Diese Zwischenstufe wird nachfolgend in IPP und DMAP umgewandelt.

Im klassischen Biosyntheseweg entsteht IPP und DMAP aus Mevalonat. Es wurde gefunden, daß der alternative Biosyntheseweg in Tieren nicht vorkommt, und daß in Pflanzen der klassische Biosyntheseweg im Zytoplasma, während der alternative Biosyntheseweg in Plastiden (z. B. Chromoplasten, Chloroplasten) abläuft.

Es wurde weiterhin als Aspekt der Erfindung gezeigt, daß sich dieser alternative Biosyntheseweg mit seinen in starkem Maße idiosynkratischen Reaktionen und Enzymen als ideales Ziel für Herbizide eignet.

Wir haben desweiteren gezeigt, daß chemische Substanzbibliotheken gezielt nach Inhibitoren des alternativen Biosyntheseweges durchsucht werden können. Insbesondere haben wir ein Verfahren entwickelt, mit dem man Inhibition wenigstens eines der Enzyme aus dem Terpenoid-Biosyntheseweg über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat in Pflanzen ermitteln kann, und das folgende Schritte beinhaltet:

- (a) Herstellung einer Suspension aus Zellen oder Plastiden eines plastidhaltigen Organismus in einem Kulturmedium, welches zur Unterstützung des Metabolismus in besagten Zellen oder Plastiden mindestens bis zum Ausmaß des besagten Biosyntheseweges dient.
- (b1) Zugabe einer definierten Menge einer ^{13}C -, ^{14}C -, ^3H - oder ^2H -markierten, biochemischen Vorstufe zur Erzeugung von Terpenoiden über besagten Biosyntheseweg.
- (c1) Inkubation der in Schritt (b1) erhaltenen Mischung für eine bestimmte Zeitdauer bei einer definierten Temperatur, und
- (d1) Abtrennung einer Fraktion aus der in Schritt (c1) erhaltenen Mischung, welche ein Produkt oder Zwischenprodukt des besagten Biosyntheseweges unterhalb von 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat enthält.
- (e1) Nachweis und Bestimmung der Konzentration eines oder mehrerer markierter Produkte in der besagten Fraktion, welche in Schritt (d1) erhalten wurde.
- (b2) Wiederholung des Schrittes (b1) nach der Zugabe einer definierten Menge einer chemischen Testsubstanz unter ansonsten identischen Bedingungen.
- (c2) bis (c2) Wiederholung der Schritte (c1) bis (c1) mit der in Schritt (b2) erhaltenen Mischung unter denselben Bedingungen wie in den Schritten (c1) bis (c1) und
- (f) Nachweis der Hemmung wenigstens eines Enzyms im besagten Biosyntheseweg durch die Beobachtung, ob die Konzentration eines oder mehrerer Produkte, die in Schritt (e1) bestimmt wurde höher ist als die Konzentration eines oder mehrerer Produkte, die in Schritt (e2) bestimmt wurde.

Dieses Verfahren kann entweder mit ganzen Zellen eines plastidhaltigen Organismus oder mit abgetrennten Plastiden ausgeführt werden. In jedem Fall bedeutet die Inkubation mit einer markierten spezifischen Vorstufe im alternativen Biosyntheseweg über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat, daß das Verfahren nur Enzyme dieses Biosyntheseweges umfaßt. Da dieser Biosyntheseweg in allen Pflanzen gefunden wird, wird jeder Inhibitor die Eigenschaft eines Totalherbizides besitzen.

Das Verfahren kann mit Zellkulturen oder Suspensionen aus Plastiden ausgetücht werden. Beispielsweise kann die Zellkultur von *Cataglyphis roseus* verwendet werden. Die Plastiden können Chromoplasten, Chloroplasten, Erioplasten oder Leukoplasten sein. Als Ersatz können Cyanobakterien im Hinblick auf ihre Beziehung zu Chloroplasten verwendet werden.

Bevorzugt sind Plastiden aus Unkräutern oder aus Pflanzen, die eine enge Verwandtschaft zu Unkräutern besitzen.

Die Plastiden können aus Pflanzengewebe nach Aufbrechen der Zellen, Filtration und Zentrifugation nach bekannten Methoden erhalten werden, z. B. Camara, *Methods Enzymol.* 214, 352–365 (1993) oder Liedvogel, *Cytobiology* 12, 155–174 (1976). In diesen Veröffentlichungen sind auch Inkubationsmedien für diese Plastide angegeben.

Die markierten Vorstufen können nicht-radioaktiv oder radioaktiv sein. Im Falle von nichtradioaktiven Vorstufen werden ^{14}C - oder ^3H -markierte Vorstufen bevorzugt. Im Falle radioaktiver Vorstufen werden ^{14}C - und ^3H -markierte Vorstufen bevorzugt. Sie werden als wässrige Lösung zugegeben. Die Konzentration der Vorstufen in wässriger Lösung kann zwischen 1 μM und 1 mM liegen. Die Konzentration der Plastiden entspricht einem Gesamtproteininhalt von 0,1 mg/ml bis zu 10 mg/ml, vorzugsweise 0,2 mg/ml bis zu 5 mg/ml. Im Falle ^{14}C -markierter Vorstufen liegt die Radioaktivität vorzugsweise bei mindestens 0,1 μCi und im Falle ^3H -markierter Vorstufen vorzugsweise bei mindestens 1 μCi .

Die Inkubation wird vorzugsweise bei 20 bis 40°C und insbesondere bei 25 bis 30°C durchgeführt. Die Inkubationszeit kann 30 min bis 15 h, vorzugsweise 2 bis 10 h und insbesondere 6 bis 8 h betragen.

Die Abtrennung der Terpenoidfraktion kann durch Extraktion mit einem lipophilen organischen Lösungsmittel, vorzugsweise Chloroform, Dichlormethan oder Ethylacetat erfolgen. Der Extrakt wird auf ein gewünschtes Volumen z. B. 300 µl eingestellt. Ein Aliquot davon, z. B. 10 µl, wird für Flüssigszintillationszählung verwendet. Das gleiche wird mit der Mischung vor Inkubation gemacht. Der Wert vor Inkubation wird auf 100% gesetzt, und die Werte nach der Inkubation werden in % relativ zum Wert vor der Inkubation angegeben.

Die chemische Testverbindung kann als Feststoff oder als Lösung zugegeben werden. Im Fall einer wasserlöslichen Verbindung wird eine wässrige Lösung bevorzugt. In anderen Fällen kann eine Lösung in hydrophilen, protischen organischen Lösungsmitteln, wie Methanol, Ethanol, Propanol oder hydrophilen, aprotischen organischen Lösungsmitteln, wie Dimethylsulfoxid, Dimethylformamid, Tetrahydrofuran, Dioxan, Ethylenglykoldimethylether, Diethylenglykoldimethylether, Triethylenglykoldimethylether, Tetraethylenglykoldimethylether oder Hexamethylphosphorsäuretriäthylamid verwendet werden. Als Lösungsvermittler können solche Lösungsmittel auch einem Medium für die Suspension der Plaste zugesetzt werden.

Als biochemische Vorstufe kann jeder Bestandteil, der sich im Biosyntheseweg über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat vor Isopentenylpyrophosphat befindet, verwendet werden, oder auch jede der Verbindungen die in vivo in einen solchen Bestandteil ungewandelt werden können. Bevorzugt sind 1-Deoxy-D-xylulose, 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat, 2C-Methyl-D-erythritol, 2C-Methyl-D-erythritol-4-phosphat und 2C-Methyl-D-erythritol-4-pyrophosphat.

Jede Verbindung, die als Inhibitor in dem Testverfahren wirkt, ist ein Herbizid. Sie kann für die spezifische Blockierung des Terpenoid-Biosyntheseweges über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat verwendet werden.

Die Erfindung wird nun mit Bezug auf die Beispiele erklärt.

Beispiele

Herstellungsbeispiel 1

(a) 1,2-O-Isopropyliden-(2R,3R)-1,2,3-butanetriol (8)

1,2:5,6-Di-O-isopropyliden-D-mannitol (6) (14 g, 53,4 mmol) wurde in 200 ml trockenem Chloroform gelöst. Wasserfreies Kaliumcarbonat (50,5 g, 366 mmol) wurde zugegeben, und die Suspension wurde auf 0°C gekühlt. Bleitetraacetat (27,1 g, 61,1 mmol) wurde in kleinen Portionen unter starkem Rühren eingetragen. Die orangefarbene Suspension wurde über Nacht bei Raumtemperatur stehengelassen. Das Kaliumcarbonat wurde abgeknutscht, und der Filterkuchen mehrmals mit Ether gewaschen. Das Filtrat und die Waschphase wurden vereinigt, mit Magnesiumsulfat getrocknet, und das Lösungsmittel wurde im Vakuum entfernt. Das zurückbleibende Öl, welches den Isopropylidenglycerinaldehyd enthielt, wurde rasch destilliert (60°C bei 30–40 mbar). Ausbeute: 10,5 g (80,7 mmol, 76%) reiner Isopropylidenglycerinaldehyd 7. Dieses Produkt wurde sofort in 35 ml trockenem Ether gelöst, um eine Polymerisation zu verhindern. Die Lösung von 7 wurde zu einer gekühlten Lösung aus Methylmagnesiumjodid in Ether gegeben (hergestellt aus 5,1 g (207 mmol) Magnesium und 13,0 ml (269 mmol) Methyljodid in 140 ml Ether). Nachdem der Aldehyd komplett zugegeben war, wurde die Lösung über Nacht bei Raumtemperatur weitergerührt. Die so erhaltene Lösung wurde anschließend langsam auf zerkleinertes Eis geschüttet, und ausgefallenes Magnesiumhydroxid wurde durch Zugabe einer gesättigten Ammoniumchloridlösung (50 ml) wieder in Lösung gebracht. Die organische Phase wurde abgetrennt, und die wässrige Phase wurde mit Natriumchlorid gesättigt und anschließend mit Chloroform extrahiert (3 × 50 ml). Die vereinigten organischen Phasen wurden mit Magnesiumsulfat getrocknet, und das Lösungsmittel wurde im Vakuum entfernt. Ausbeute: 9,9 g (67,8 mmol, 84%); 1,2-O-Isopropyliden- 2R,3R)-1,2,3-butantriol (8).

¹H-NMR (360 MHz, CDCl₃): δ (ppm) 0,96 (d, ³J = 6,5 Hz), 1,07 (d, ³J = 6,5 Hz), 1,24 (s), 1,25 (s), 1,29 (s), 1,33 (s), 3,41–3,47 (m), 3,67–3,78 (m), 3,82–3,97 (m), 4,67 (d, ³J = 4,6 Hz), 4,75 (d, ³J = 5,2 Hz) (unterstrichene Signale gehören zu dem Diastereomer, welches im Überschuß entsteht); ¹³C-NMR (90 MHz, CDCl₃): δ (ppm) 18,0, 19,8, 24,8, 26,1, 64,3, 65,9, 66,1, 66,9, 79,1, 79,3, 107,7, 107,7 (unterstrichene Signale gehören zu dem Diastereomer, welches im Überschuß entsteht); Anal. ber. für: C₁₄H₂₀O₈: C 57,5, H 9,9, O 32,6; gef.: C 57,2, H 9,9, O 32,8.

(5) 3,4-(*O*-Isopropyliden-(*S*,*R*))-3,4-dihydroxy-2-butanon (9)

1,2-O-Isopropyliden-2R,3RS-1,2,3-butanetriol (8) (9.9 g, 67.8 mmol) wurde in 100 ml Chloroform gelöst. Wasser (100 ml), 80 g Kaliumcarbonat (217 mmol) und 50 mg Rutheniumdioxid-Hydrat wurden zugegeben. Diese Suspension

wurde bei Raumtemperatur fertig gerührt und 20 g (180 mmol) Natriumperoxydat wurde in kleinen Portionen zugelegt. Sobald der pH-Wert unter 7 fiel wurde er durch Zugabe von festem Kaliumcarbonat wieder auf einen Wert zwischen 8 und 8,5 eingestellt. Nach Beendigung der Peroxydatzugabe ließ man die Suspension zwei weitere Tage bei Raumtemperatur ruhen. Vor der Aufarbeitung wurde ein Aliquot der Reaktionsmischung mit Hilfe der ^1H -NMR Spektroskopie überprüft. Falls noch Ausgangsmaterial vorhanden war wurde zur Reaktionsmischung eine zusätzliche Menge an Natriumperoxydat gegeben. Wenn die Oxidation vollständig abgelaufen war, wurde die Suspension abgutscht und das Filtrat wurde mit Chloroform extrahiert (4 \times 50 ml). Die vereinigten organischen Phasen wurden mit Magnesiumsulfat getrocknet, und das Lösungsmittel wurde im Vakuum entfernt. Ausbeute: 7,2 g (50 mmol, 74 %) 3,4-O-Isopropyliden-(3R)-3,4-dihydroxy-2-butanon (9).

¹H NMR (250 MHz, CDCl₃) δ (ppm): 1.4 (s, 3H), 1.5 (s, 3H), 2.27 (s, 3H), 4.0 (dd, ³J = 8.54 Hz, ⁴J = 5.50 Hz, 1H), 4.2 (dd, ³J = 8.54 Hz, ⁴J = 7.95 Hz, 1H), 4.41 (dd, ³J = 7.94 Hz, ⁴J = 5.5 Hz, 1H); ¹³C NMR (62 MHz, CDCl₃) δ (ppm): 25.3 (CH₃), 25.6 (CH₃), 26.3 (CH₃), 66.4 (CH₂), 80.4 (CH), 110.9 (C_q).

(c) 1,2-O-isopropyliden-3-O-trimethylsilyl-(2R,3R)-1,2,3-trihydroxy-3-cyanobutan (10)

3,4-O-Isepropyliden-(3R)-3,4-dihydroxy-2-butanon (9) (7,2 g, 50 mmol) wurde in 50 ml trockenem Dichlormethan gelöst. Zu dieser Lösung wurde eine katalytische Menge Kaliumcyanid (20 mg) und der Kronenether 18-Krön-6 (20 mg) gegeben. Unter Eiskühlung wurden 9,4 ml (70 mmol) Trimethylsilylcyanid innerhalb 20 Minuten zugegeben. Das Lösungsmittel und überschüssiges Trimethylsilylcyanid wurden unter reduziertem Druck entfernt. Der orangefarbene ölige Rückstand (12,0 g, 49,3 mmol, 99%) enthält eine Mischung der Erythro- und Threo-Verbindung in einem Verhältnis von 3 : 1, der darüber hinaus keine nennenswerten Mengen anderer Produkte enthält.

¹H NMR (360 MHz, CDCl₃): δ (ppm) 0.17 and 0.18 (2s, 9H), 1.12 (s), 1.29 (s), 1.40 (s), 1.43 (s), 1.46 (s), 1.57 (s) (9H), 3.85–3.90 (m, 1H), 3.97–4.10 (m, 2H); ¹³C NMR (90 MHz, CDCl₃): erythro δ (ppm), 1.2 (TMS), 24.0 (CH₃), 25.0 and 26.0 (CH₂), 65.0 (CH₂), 80.4 (CH), 110.9 (CN); threo δ (ppm) 3.1 (TMS), 25.2 (CH₃), 26.2 and 26.4 (CH₂)₂, 66.4 (CH₂), 80.8 (CH), 120.7 (CN).

(d) 2C-Methyl-D-erythro-1,4-lacton (12) und 2C-Methyl-D-threo-1,4-lacton (13)

1,2-O-Isopropyliden-3-O-trimethylsilyl-(2R,3R)-1,2,3-trihydroxy-3-cyanobutan (10): (12,0 g, 49,3 mmol) wurde in 30 ml 25%iger Salzsäure suspendiert. Zur Verbesserung der Löslichkeit des lipophilen Cyanhydrins wurde Ethanol (10 ml) hinzugegeben. Die Reaktionsmischung wurde bei 45°C 30 Minuten lang gerührt und anschließend 3 Stunden lang am Rückfluß gekocht. Die Mischung färbte sich braun, und ein Niederschlag aus Ammoniumchlorid setzte sich ab. Anschließend wurde die Säure mit konzentrierter Ammoniaklösung neutralisiert, und die Mischung wurde zur Trockene eingedunstet. Der Kristallbrei wurde danach mit Methanol digeriert, und unlösliches Ammoniumchlorid wurde abfiltriert. Das Methanol wurde im Vakuum entfernt. Das zurückbleibende Öl enthielt die Lactone 12 und 13, sowie die offenkettigen Carbonsäuren (11). Die Lactonisierung wurde durch Kochen mit 60%iger Ameisensäure (30 ml) für 2 Stunden vervollständigt. Sobald keine offenkettigen Carbonsäuren in der Mischung mehr nachweisbar waren, wurde die Lösung unter reduziertem Druck aufkonzentriert. Das zurückbleibende Öl wurde in einer Mischung aus Ethylacetat, 2-Propanol und Wasser (5 ml, 65/24/12, v/v/v) gelöst. Diese Lösung wurde auf eine Kieselgelsäule gegeben (saure Form) und wurde mit der Mischung aus Ethylacetat/2-Propanol/Wasser eluiert. Produkthaltige Fraktionen wurden vereinigt und das Lösungsmittel im Vakuum entfernt. Der Rückstand wurde lyophilisiert. Das zurückbleibende Öl (5,9 g, 44,7 mmol, 91 %) enthielt nach NMR-spektroskopischer Analyse 2C-Methyl-D-erythrono-1,4-lacton und 2C-Methyl-D-threono-1,4-lacton in einem Verhältnis von 3 : 1.

2C-Methyl-2-thiono-1,4-lacton ¹H NMR (250 MHz, CD₃OD): δ (ppm) 1.30 (s, 3H), 3.92 (dd, ²J = 4.27 Hz, ³J = 9.16 Hz, 1H), 4.13 (dd, ²J = 4.27 Hz, ³J = 5.50 Hz, 1H), 4.44 (dd, ²J = 5.50 Hz, ³J = 9.15 Hz, 1H). ¹³C NMR (63 MHz, CD₃OD): δ (ppm) 17.9 (CH₃), 73.1 (CH₂), 78.8 (CH), 85.8 (C_q), 161.8 (C_q); IR (Film): 1770 cm⁻¹; Anal. ber. für C₅H₆O₄: C 45.4, H 6.0, 48.3; gef.: C 46.2, H 6.5, O 47.3.

2C-Methyl-D-erythrono-1,4-lactone ¹H NMR (250 MHz, CD₃OD): δ (ppm) 1.33 (s, 3H), 4.00 (dd, ²J = 1.83 Hz, ³J = 4.27 Hz, 1H), 4.09 (dd, ²J = 1.83 Hz, ³J = 9.77 Hz, 1H), 4.38 (dd, ²J = 4.27 Hz, ³J = 10.38 Hz, 1H); ¹³C NMR (63 MHz, CD₃OD): δ (ppm) 21.9 (CH₃), 73.6 (CH-), 75.0 (CH), 75.8 (C_q), 164.9 (C_q); IR (Film): 1770 cm⁻¹.

Offenkettige Carbonsäuren (Isomerenmischung 1: 1) ^1H NMR (250 MHz, D_2O): δ (ppm) 1.14 (s, 3H), 1.17 (s, 3H), 3.45–3.85 (m, 6H); ^{13}C NMR (63 MHz, D_2O): δ (ppm) 19.8 (CH_3), 20.7 (CH_3), 64.9 (CH_2), 55.2 (CH_2), 70.1 (CH), 70.3 (CH), 77.8 (C_D), 77.9 (C_D), 182.5 (C_O), 182.8 (C_O).

(e) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrono-1,4-lacton (14)

Wasserfreies Zinkchlorid (14,1 g, 103 mmol) wurde in 100 ml Aceton gelöst. Die Lösung wurde mit Eis gekühlt, und 5,9 g einer Mischung aus 2C-Methyl-D-erythrono-1,4-lacton (12) (33,5 mmol) und 2C-Methyl-D-threono-1,4-lacton (13) (11,2 mmol) gelöst in 13 ml Aceton wurde zugegeben. Nach 18 Stunden wurde die Lösung durch Zugabe von 150 ml Chloroform verdünnt. Zinkchlorid und unverändertes 2C-Methyl-D-threono-1,4-lacton wurden durch Waschen mit Wasser (3 x 100 ml) entfernt. Die organische Phase wurde mit Magnesiumsulfat getrocknet, und das Lösungsmittel wurde unter reduziertem Druck entfernt. Ausbeute: reines 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrono-1,4-lactone (4,4 g, 25,6 mmol, 76% ausgehend von 2C-Methyl-D-erythrono-1,4-lacton) in Form eines farblosen Öles, welches bei -20 °C kristallisiert.

¹H NMR (360 MHz, CDCl₃): δ (ppm) 1.33 (s, 3H), 1.37 (s, 3H), 1.48 (s, 3H), 4.24 (dd, ³J = 3.54 Hz, ⁴J = 11.06 Hz, 1H), 4.34 (dd, ³J = 11.06 Hz, ⁴J = 0 Hz, 1H), 4.41 (dd, ³J = 3.50 Hz, ⁴J = 0 Hz, 1H); ¹³C NMR (90 MHz, CDCl₃): δ (ppm) 18.4 (CH₃), 26.5 (CH₃), 26.9 (CH₃), 58.9 (CH₂), 80.3 (CH), 81.4 (C), 113.0 (C), 176.7 (C).

(c) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose (15)

2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-1,4-lacton (14) (2,2 g, 12,9 mmol) wurde in 10 ml trockenem Tetrahydrofuran gelöst. Die Mischung wurde unter Stickstoff auf -78°C gekühlt. Anschließend wurde eine Lösung aus Diisobutylaluminiumhydrid (1 M in Hexan, 17 ml, 17 mmol) langsam zuge tropft. Die Lösung ließ man im Kühlbad über Nacht stehen. Nasser Ether (180 ml) und nasses Kieselgel (30 g) wurden zugefügt. Die Mischung wurde 1 Stunde gerührt, danach auf Raumtemperatur erwärmt und dann filtriert. Die Lösung wurde mit Magnesiumsulfat getrocknet, und das Lösungsmittel wurde im Vakuum entfernt. Das zurückbleibende Öl wurde durch Chromatographie an Kieselgel mit einer Mischung aus Hexan/Ethylacetat (1/2, v/v) gereinigt. Ausbeute: 2,0 g (11,5 mmol, 89%) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose als anionere Mischung ($\alpha/\beta = 1/1$).

^1H NMR (360 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 1,29 (s, 1,30 (s), 1,35 (s), 1,37 (s) (18 H), 3,46 (dd, $^3J = 3,54$ Hz, $^2J = 11,06$ Hz, 1H), 3,55 (m, 1H), 3,78 (d, $^3J = 11,50$ Hz, 2H), 3,84 (d, $^3J = 11,06$ Hz, 1H), 3,97 (dd, $^3J = 3,80$ Hz, $^2J = 10,40$ Hz, 1H), 4,29 (dd, $^3J = 3,10$ Hz, $^2J = 8,85$ Hz, 2H), 4,52 (d, $^3J = 11,06$ Hz, 1H), 5,13 (d, $^3J = 2,65$ Hz, 1H); ^{13}C NMR (90 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 19,4 (CH_3), 21,4 (CH_3), 26,3 (CH_2), 26,9 (CH_2), 27,2 (CH_2), 28,0 (CH_2), 67,1 (CH), 71,5 (CH_2), 84,9 (CH), 86,0 (C_1), 86,1 (CH), 91,4 (C_2), 101,4 (C_3), 103,3 (C_4), 112,4 (CH), 112,9 (CH).

(g) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim (18)

2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose (15) (0,5 g, 2,87 mmol) wurde in 12 ml trockenem Dichlormethan gelöst. Trocken Pyridin (1 ml) und 0,88 g (5,5 mmol) O-Benzylhydroxylaminhydrochlorid wurde auf ein Mal zugegeben. Das Hydroxylamin löste sich innerhalb von 20 Minuten auf, und die Reaktionsmischung wurde nach 40 Minuten trübe. Die Mischung wurde 15 Stunden lang bei Raumtemperatur gerührt und anschließend das Lösungsmittel im Vakuum entfernt. Der Rückstand wurde in einer Mischung aus Chloroform/Ethylacetat (1/4, v/v, 1 ml) suspendiert. Die Suspension wurde auf eine Kieselgelsäule (1 cm \times 30 cm) aufgetragen, und das Produkt wurde mit der Lösungsmittel-mischung eluiert. Produktthaltige Fraktionen wurden vereinigt, und das Lösungsmittel wurde unter reduziertem Druck entfernt. Ausbeute: 0,53 g (1,9 mmol, 66%) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim (18) als farbloses Öl.

^1H NMR (250 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 1,26 (s, 3H), 1,31 (s, 3H), 1,33 (s, 3H), 3,42–3,56 (m, 2H), 3,86 (dd, $^3J = 4,89$ Hz, $^2J = 6,72$ Hz, 1H), 4,92 (s, 2H), 7,15–7,25 (m, 5H), 7,32 (s, 1H); ^{13}C NMR (63 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 22,8 (CH_3), 26,6 (CH_3), 27,9 (CH_2), 64,7 (CH_2), 76,0 (CH_2), 80,5 (CH), 84,3 (C_q), 109,4 (C_q), 127,9 (CH), 128,2 (CH), 128,3 (CH), 137,2 (C_q), 152,0 (CH).

(h) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim-4-dibenzylphosphat (19)

Tribenzylphosphit (1,3 g, 3,7 mmol) wurde in 20 ml trockenem Dichlormethan gelöst. Die Lösung wurde auf -20°C gekühlt. Jod (0,96 g, 3,8 mmol) wurde in einer Portion zugegeben. Die Lösung wurde lichtgeschützt auf Raumtemperatur erwärmt, sobald die violette Farbe der Lösung verschwunden war. 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim (18) (0,53 g, 1,9 mmol) wurde in 20 ml Dichlormethan gelöst und 2,5 ml Pyridin (31,6 mmol) wurde zugegeben. Die Lösung wurde auf -20°C gekühlt und die Lösung des Dibenzyljodphosphates wurde langsam zuge tropft. Die Reaktionsmischung wurde 2 Stunden bei Raumtemperatur gerührt und wurde anschließend nacheinander mit Natriumhydrogensulfat (30%, w/v, 2 \times 10 ml), einer Lösung aus Natriumhydrogencarbonat (5%, w/v, 10 ml), und Wasser (10 ml) gewaschen. Die organische Phase wurde mit Magnesiumsulfat getrocknet und anschließend unter reduziertem Druck zur Trockene eingedampft. Der Rückstand wurde in einer Mischung aus Hexan/Ethylacetat (3/1, v/v, 2 ml) suspendiert. Diese Mischung wurde auf eine Kieselgelsäule (1 cm \times 20 cm) aufgetragen und mit Hexan/Ethylacetat (3/1, v/v) solange eluiert, bis das Benzyljodid vollständig ausgewaschen war. Das Produkt wurde danach mit einer Mischung aus Chloroform/Ethylacetat (1/4, v/v) eluiert. Produktthaltige Fraktionen wurden vereinigt, und das Lösungsmittel wurde unter reduziertem Druck entfernt. Ausbeute: 0,73 g (1,35 mmol, 71%) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim-4-dibenzylphosphat (19).

^1H NMR (250 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 1,31 (s, 3H), 1,37 (s, 3H), 1,39 (s, 3H), 3,90–3,99 (m, 3H), 4,94 (s, 1H), 4,97–5,02 (m, 6H), 7,24–7,33 (m, 15H); ^{13}C NMR (63 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 22,0 (CH_3), 26,6 (CH_3), 28,0 (CH_3), 65,3 (d, $^3J_{\text{CP}} = 5,5$ Hz, CH_2), 69,1–69,5 (m, CH_2), 76,2 (CH_2), 80,2 (C_q), 82,5 (d, $^3J_{\text{CP}} = 7,9$ Hz, CH), 109,7 (C_q), 127,9–128,5 (CH), 135,6 (d, $^3J_{\text{CP}} = 6,8$ Hz, C_q), 137,9 (C_q), 150,3 (CH); ^{31}P NMR (101 MHz, CDCl_3): δ (ppm) $-0,8$ (s).

(i) 2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-4-dibenzylphosphat (20)

2,3-O-Isopropyliden-2C-methyl-D-erythrose-(O-benzyl)oxim-4-dibenzylphosphat (19) (0,26 g, 0,43 mmol) wurde in 15 ml Dichlormethan gelöst, welches 2 ml Pyridin enthält. Die Lösung wurde auf -78°C gekühlt und wurde 7 Minuten lang mit einem Ozondurchfluß von ungefähr 3 g/min (0,44 mmol) ozonisiert. Anschließend wurde Stickstoff durch die tiefblaue Lösung geleitet. Sobald die blaue Farbe verschwunden war, wurden 2 ml Dimethylsulfid zugegeben. Die Mischung ließ man noch 1 Stunde bei -78°C stehen und ließ sie dann auf Raumtemperatur erwärmen. Das Lösungsmittel und Pyridin wurden unter reduziertem Druck entfernt, und das Rohprodukt wurde chromatographisch gereinigt (Kieselgel, Chloroform/Ethylacetat 1/4, v/v). Ausbeute: 0,17 g (0,39 mmol, 81%) reiner Aldehyd.

^1H NMR (360 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 1,24 (s, 3H), 1,36 (s, 3H), 1,46 (s, 3H), 3,93–4,02 (m, 2H), 4,05–4,13 (m, 1H), 4,92–5,00 (m, 4H), 7,23–7,30 (m, 10H), 9,51 (s, 1H); ^{13}C NMR (90 MHz, CDCl_3): δ (ppm) 19,7 (CH_3), 26,5 (CH_3), 27,8 (CH_3), 64,3 (d, $^3J_{\text{CP}} = 6,0$ Hz, CH_2), 69,5 (m, CH_2), 82,7 (d, $^3J_{\text{CP}} = 8,7$ Hz, CH), 85,1 (C_q), 110,9 (C_q), 126,8 (d, $^3J_{\text{CP}} = 14,5$ Hz, CH), 127,9 (CH), 128,6 (CH), 135,6 (d, $^3J_{\text{CP}} = 7,3$ Hz, C_q), 202,0 (CH); ^{31}P NMR (101 MHz, CDCl_3): δ (ppm) $-1,0$ (s).

Herstellungsbeispiel 4

Die Wiederholung des Herstellungsbeispiels 1 mit ^{14}C -Methyliodid in Schritt (a) liefert die ^{14}C -markierte Verbindung (22).

Herstellungsbeispiel 5

Die Wiederholung des Herstellungsbeispiels 1 mit Methyliodid- d_3 in Schritt (a) liefert die deutenummarkierte Verbindung (22).

Herstellungsbeispiel 6

Die Wiederholung des Herstellungsbeispiels 1 mit Kaliumcyanid- ^{14}C in Schritt (c) liefert das ^{14}C -markierte Produkt (22).

Herstellungsbeispiel 7

[1,2- $^{14}\text{C}_2$]-1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat (spezifische Aktivität: 62,5 mCi/mmol) wurde biosynthetisch aus [U- ^{14}C]-Pyruvat (spezifische Aktivität: 150 mCi/mmol) und D,L-Glycerinaldehyd-3-phosphat hergestellt nach der Methode, die in Sprenger et al. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 94 (1997) 12857-12862 beschrieben wurde.

Herstellungsbeispiel 8

[2- ^3H]-1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat (spezifische Aktivität: 5 mCi/mmol) wurde synthetisiert entsprechend Herstellungsbeispiel 7 aus [3- ^3H]-Pyruvat (spezifische Aktivität: 72,3 Ci/mmol).

Herstellungsbeispiel 9

[1,2- $^{14}\text{C}_2$]-1-Deoxy-D-xylulose (spezifische Aktivität: 62,5 mCi/mmol) wurde hergestellt aus [U- ^{14}C]-Pyruvat mit einer spezifischen Radioaktivität von 150 mCi/mmol und D-Glycerinaldehyd unter Verwendung des Pyruvatdehydrogenasekomplexes aus E-coli DH5 α als Katalysator. Die Ausbeute betrug 80%. Es wurde die Methode von Yokota, A. und Sasajima, K. Agric. Biol. Chem. 48, 149-158 (1994) sowie ibid 50, 2517-2524 (1986) verwendet.

Beispiele für die Plastidisolierung

Isolierungsbeispiel 1

Chromoplasten aus *Capsicum annuum* L.

Das Pericarp von *Capsicum annuum* (500 g Frischgewicht) wurde von Samen befreit, zerkleinert, und 500 ml Isolierungsmedium 1 wurde bei 4°C zugegeben. Das Isolationsmedium 1 enthielt die folgenden Bestandteile: 50 mM HEPES-Puffer (pH 8,0), 1 mM Dithioerythritol (77,1 mg/500 ml), 1 mM Ethylendiaminetetraessigsäure Dinatriumsalz (186,1 mg/500 ml) und 0,4 M Saccharose (68,46 g/500 ml). Die Früchte wurden in einem Waring-Mixer (3 \times 1 Sekunde) homogenisiert und anschließend durch eine Nylongaze (4 Lagen, 50 μm) filtriert. Zellfragmente wurden durch 5minütige Zentrifugation bei 150 g (Sorvall-Zentrifuge; GSA-Rotor) entfernt. Der Überstand wurde bei 2200 g 10 min zentrifugiert. Das erhaltene Chromoplastenpellet wurde anschließend einmal mit Isolierungsmedium gewaschen. Die auf diese Weise erhaltenen Roh-Chromoplasten enthielten Protein in einer Konzentration von 10 bis 15 mg/ml [Bradford, Anal. Biochem. 72, 248-254 (1976)]. Diese Isolierungsmethode wurde von B. Camara, Methods Enzymol. 214, 352-365 (1993) modifiziert.

Isolierungsbeispiel 2

Chromoplasten aus *Narcissus pseudonarcissus* L.

Es wurde die Methode von Liedvogel et al. Cytobiology 12, 155-174 (1976) verwendet. Es wurden 50 Nebenkronen (ca. 50 g Frischgewicht) von *Narcissus pseudonarcissus* verwendet. 250 ml kaltes Isolierungsmedium 2 wurden zugefügt [67 mM Kaliumphosphatpuffer (pH 7,5), 5 mM MgCl_2 (254,1 mg/250 ml), 0,2% Polyvinylpyrrolidon K 90 (0,5 g/250 ml), 0,74 M Saccharose (63,3 g/250 ml)]. Die Mischung wurde in einem Waring-Mixer (3 \times 1 Sekunde) homogenisiert. Nach Filtration des Homogenats durch eine Nylongaze (3 Lagen, 50 μm) und Zentrifugation bei 1400 g für 5 min (Eppendorf Zentrifuge) wurde nach einer erneuten 20minütigen Zentrifugation des Überstandes bei 16500 g (Sorvall-Zentrifuge, ESA-Rotor) ein Chromoplastenpellet erhalten. Das Pellet wurde in einem Puffer (1-2 ml) mit der folgenden Zusammensetzung resuspendiert: 50% (w/v) Saccharose in 67 mM Kaliumphosphatpuffer (pH 7,5), 5 mM MgCl_2 , und in ein transparentes Zentrifugenröhrchen überführt. Es wurden 40%ige, 30%ige und 15%ige (w/v) Saccharoselösungen in gleichen Puffer hergestellt, und je 11 ml einer jeden Lösung wurde als getrennte Schicht über die Flüssigkeit im transparenten Zentrifugenröhrchen gegeben. Nach 60minütiger Zentrifugation bei 50000 g (Beckmann, SW 28-Rotor) flokierten die Chromoplasten und bildeten zwei Banden zwischen den Phasengrenzflächen der 40/30%igen und 30/15%igen Saccharoselösungen. Die Chromoplasten wurden vorsichtig mit Hilfe einer Pipette aus dem Saccharosegradienten entfernt, und mit Puffer bis zu einer Saccharoseendkonzentration von 15% (w/v) verdünnt, damit die Pha-

strichen durch 2minütige Zentrifugation bei 14500 g (Sorvall, SS 34-Rotor) pelletiert werden können. Anschließend wurden sie in Inkubationspuffer (100 mM TRIS-HCl, pH 7,2, 10 mM MgCl₂, 2 mM Dithioerythrit) resuspendiert. Die Proteinkonzentration wurde nach der Methode von Bradford bestimmt.

Isolierungsbeispiel 3

Chloroplasten

Für die Isolierung der Chloroplasten nach der Methode im Isolierungsbeispiel 1 wurden die grünen Brachte von *Capsicum annuum* L. verwendet. Das Pellet wurde im Gegensatz dazu durch 2minütige Zentrifugation bei 2200 g erhalten (Sorvall, ESA-Rotor).

Auf gleiche Weise wurden Chloroplasten aus *Avena sativa* (250 g Primärblätter) mit der obengenannten Methode isoliert. Die Pflanzen wuchsen 7 Tage lang auf Vermiculit-Granulat (Exposition: 1400 lx, 25°C, 50-60% RH).

Mit derselben Methode wurden auch Chloroplasten aus *Lactuca capitata* var. *capitata* L., *Spinacia oleracea* L., *Secale cereale* L., *Brassica oleracea* subsp. *oleracea* var. *italica* L. (aus der Blütenknospe), *Oryza sativa* und *Zea mays* isoliert.

Screening-Beispiele

Screening-Beispiel 1

Schritt A: Test ohne Inhibitor

Es wurde die Chloroplasten aus *Capsicum annuum* L. verwendet. Die Inkubation wurde in einem Eppendorf Reaktionsgefäß bei 30°C während 15 h durchgeführt. Das Gesamtvolumen der Enzymzusammensetzung betrug 500 µl. Es setzte sich aus folgenden Komponenten zusammen: 100 mM HEPES-Puffer (pH 7,6), 2 mM MnCl₂ (1 µmol), 10 mM MgCl₂ (5 µmol), 2 mM NADPH (1 µmol), 0,1 µCi [³H]-1,2-³C]-1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat (1,6 nmol; 342,4 ng).

Die enzymatische Reaktion wurde durch Zugabe der Chloroplastensuspension (ca. 2 mg Protein) gestartet. Für Kontrolltests wurde die entsprechende Menge destillierten Wassers zugegeben.

Um zu demonstrieren, daß die radioaktiv markierten Substrate in Carotinoide und andere lipophile Verbindungen eingearbeitet wurden, wurde die Enzymzusammensetzung zweimal mit je 1 ml Chloroform extrahiert, und die vereinigten Chloroformphasen wurden mit Hilfe einer Vakuumzentrifuge (SpeedVac, Bachhofer) konzentriert. Das Volumen wurde auf 300 µl gebracht, und eine 10 µl-Portion davon wurde zur Bestimmung der Radioaktivität in der organischen Phase verwendet (Szintillationszähler, Automatic Counter LS6500, Beckmann).

Zur Demonstration der Radioaktivität in einer bestimmten Carotinoidfraktion wurde die organische Phase mit Hilfe der Dünnschichtchromatographie getrennt. Die Radioaktivität wurde mit Hilfe eines "Bio-Imaging Analyzers" (BAS-1500, FujiFilm) oder eines "Radio-Dünnschicht-Scanners" (Automatic TLC Linear Analyzer, Berthold) bestimmt. Um Radioaktivitätswerte der gesamten Terpenoide in der organischen Phase oder des β-Carotins zu erhalten, wurde der Prozentanteil der radioaktiv markierten Vorstufe, die in Terpenoide oder β-Carotin umgewandelt wurde, berechnet. Das Ergebnis ist 14% für alle Terpenoide oder 10% für β-Carotin.

Schritt B: Test mit Inhibitoren

Die Inkubation von Schritt A wurde nach Zugabe steigender Mengen an 3-(N-Formyl-N-hydroxyamino)propylphosphonsäure Mononatriumsalz (F1) [hergestellt nach Öhler, E. und Kanzler, S. *Synthesis* 539-543 (1995); Yazawa, H. und Goto, S., *Tetrahedron Letters* 26, 3703-3706 (1985)] oder 3-(N-hydroxyamino)propylphosphonsäure Mononatriumsalz (F2) [hergestellt nach Öhler, E. und Kanzler, S. *Synthesis* 539-543 (1995)] wiederholt. Die Ergebnisse sind in Tabelle 1 gezeigt. Das in Schritt A erhaltene Ergebnis wurde als Bezugswert in Tabelle 1 auf 100 gesetzt.

Tabelle 1

Inhibitorkonzentration (μM)	Umwandlung in Terpene	
	Inhibitor F1	Inhibitor F2
0	100	100
0,1	88	100
1	66	100
3	45	100
5	30	100
10	6	100
100	3	100
1000	0	100

Die Ergebnisse zeigen, daß das Screening-Verfahren empfindlich ist, sowohl für den Inhibitornachweis als auch für die Unterscheidung zwischen Inhibitor und Nicht-Inhibitor.

Screening-Beispiel 2

Das Screening-Beispiel 1 wird wiederholt mit der Ausnahme, daß ^{14}C -markierte 1-Deoxy-D-xylulose oder ^3H -markiertes 2C-Methyl-D-erythritol-4-phosphat anstelle von ^{14}C -markiertem 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat verwendet wird. Die Ergebnisse ohne Inhibitor sind analog, wobei der Einbau von 1-Deoxy-D-xylulose ungefähr 10% des Einbaus von 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat beträgt. Die Ergebnisse mit Inhibitor sind die gleichen, wie im Screening-Beispiel 1 für 1-Deoxy-D-xylulose aber für 2C-Methyl-D-erythritol-4-phosphat wurde keine Inhibition beobachtet.

Screening-Beispiel 3

Das Screening-Beispiel 1 wird mit Chromoplasten aus *Narcissus pseudonarcissus* L. oder mit Chloroplasten aus *Cap-sicum annuum* L., *Avena sativa* L., *Lactuca capitata* var. *capitata* L., *Spinacia oleracea* L., *Secale cereale* L., *Brassica oleracea*, supsp. *oleracea* var. *italica* L., *Oryza sativa*, *Zea mays* wiederholt. Hiernit wurden analoge Ergebnisse erhalten.

Screening Beispiel 4

Das Screening-Beispiel 1 wird mit $[1-^{14}\text{C}]$ Isopentenylpyrophosphat (0,1 μCi , 1,8 nmol) wiederholt. Es konnte gezeigt werden, daß weder F1 noch F2 eine Inhibition zeigten.

Patentansprüche

1. Eine Methode zur Ermittlung von Inhibition wenigstens eines Enzyms in der Biosynthese von Terpenoiden über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat in Pflanzen, welche die folgende Schritte umfaßt:
 - (a) Herstellung einer Suspension aus Zellen oder Plastiden eines plastidhaltigen Organismus in einem Kultur-medium, welches zur Unterstützung des Metabolismus in besagten Zellen oder Plastiden mindestens bis zum Ausmaß des besagten Biosyntheseweges dient,
 - (b1) Zugabe einer definierten Menge einer ^{13}C -, ^{14}C -, ^3H - oder ^2H -markierten, biochemischen Vorstufe zur Erzeugung von Terpenoiden über besagten Biosyntheseweg,
 - (c1) Inkubation der in Schritt (b1) erhaltenen Mischung für eine bestimmte Zeitdauer bei einer definierten Temperatur,
 - (d1) Abtrennung einer Fraktion aus der in Schritt (c1) erhaltenen Mischung, welche ein Produkt oder Zwischenprodukt des besagten Biosyntheseweges unterhalb von 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat enthält,
 - (e1) Nachweis und Bestimmung der Konzentration eines oder mehrerer markierter Produkte in der besagten Fraktion, welche in Schritt (d1) erhalten wurde,
 - (b2) Wiederholung des Schrittes (b1) nach der Zugabe einer definierten Menge einer chemischen Testsubstanz unter ansonsten identischen Bedingungen,
 - (c2) bis (e2) Wiederholung der Schritte (c1) bis (e1) mit der in Schritt (b2) erhaltenen Mischung unter denselben Bedingungen wie in den Schritten (c1) bis (e1) und
 - (f) Nachweis der Hemmung wenigstens eines Enzyms im besagten Biosyntheseweg durch die Beobachtung, ob die Konzentration eines oder mehrerer Produkte, die in Schritt (e1) bestimmt wurde höher ist als die Kon-

- zentration eines oder mehrerer Proklasten, die in Schritt (e2) bestimmt wurde.
2. Eine Methode gemäß Anspruch 1, in welcher der plastidhaltige Organismus eine monocotyledone (einkelblättrige) oder die dicotyledone (zweikeimblättrige) Pflanze ist.
3. Eine Methode gemäß Anspruch 1, in welcher das Plastid ein Chromoplast oder Chloroplast ist.
4. Eine Methode gemäß Anspruch 1, in welcher die biosynthetische Vorstufe aus einer Gruppe, bestehend aus 1-Deoxy-D-xylulose, 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat und 2C-Methyl-D-erythritol, 2C-Methyl-D-erythritol-4-phosphat und 2C-Methyl-D-erythritol-4-pyrophosphat gewählt wurde.
5. Eine Methode gemäß Anspruch 1, in der eine Extraktion mit einem lipophilen organischen Lösungsmittel für die Abtrennung in den Schritten (d1) und (d2) verwendet wird.
6. Eine Methode gemäß Anspruch 1, in der die folgenden zusätzlichen Schritte ausgeführt werden:
- (g1) Zugabe einer definierten Menge eines ^{14}C -, ^{13}C -, ^3H - oder ^3H -markierten Isopentenylpyrophosphates zur Suspension aus Schritt (a);
 - (e3) bis (e3) Wiederholung der Schritte (e1) bis (e1) mit der in Schritt (g1) erhaltenen Mischung;
 - (g2) Wiederholung des Schrittes (g1) nach Zugabe einer definierten Menge eines, in Schritt (f) nachgewiesenen Inhibitors;
 - (h) Nachweis der Abwesenheit einer Inhibition eines Enzyms im Biosyntheseweg unterhalb von Isopentenylpyrophosphat durch besagten Inhibitor.
7. Eine Methode zur Wachstumsinhibition von Pflanzen durch Behandlung mit einer chemischen Verbindung, welche aus einer Klasse chemischer Verbindungen stammt, die im Test gemäß Anspruch 1 eine Inhibition des Biosyntheseweges zu Terpenoiden über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat aufweisen.
8. Eine Methode zur Hemmung eines, in Chloroplasten von Pflanzen vorhandenen Enzyms des Biosyntheseweges zu Terpenoiden über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat durch Behandlung mit einer chemischen Verbindung, welche aus einer Klasse chemischer Verbindungen stammt, die im Test gemäß Anspruch 1 eine Inhibition des Biosyntheseweges zu Terpenoiden über 1-Deoxy-D-xylulose-5-phosphat aufweisen.
9. Eine Methode gemäß den Ansprüchen 7 oder 8, in welcher die Behandlung mit einer chemischen Verbindung durchgeführt wird, die im Test gemäß Anspruch 6 keine Inhibition aufweist.